

Capítulo 9. Controle Biológico de Pragas no Cultivo do Milho Verde

Ivan Cruz¹

9.1. Introdução

A cultura de milho, quando destinada à produção de milho verde, apresenta, no tocante à presença de insetos-pragas no produto final, três limitações importantes à sua comercialização: a primeira é a depreciação qualitativa do produto, pela presença de formas vivas de insetos, particularmente lagartas confinadas na ponta da espiga, mesmo que os danos sejam pequenos; a segunda limitação é quando a praga causa dano em toda a extensão da espiga ou mesmo quando se localiza na parte intermediária da mesma. Finalmente, a terceira limitação diz respeito à possibilidade da presença de resíduos tóxicos dos produtos químicos utilizados no combate às pragas. Quando ocorre a primeira situação, é possível anular o dano, eliminando-se a região onde ele está confinado. Tal eliminação pode ser tanto manual como mecânica. Quando ocorre o ataque em toda a extensão da espiga ou na área mediana, o dano pode ser total. O prejuízo financeiro será proporcional à incidência das pragas. Quando ocorre a contaminação por resíduos tóxicos no limite acima do permitido por lei, os prejuízos são totais, ou seja, não há como aproveitar a produção para o consumo humano ou para o consumo de animais domésticos. Portanto, alternativas ao uso de produtos

¹*Pesquisador da Embrapa Milho e Sorgo, Caixa Postal 151. 35701-970 Sete Lagoas, MG. E-mail: ivancruz@cnpms.embrapa.br*

químicos é uma demanda para o controle de pragas na cultura de milho visando sua comercialização “in natura”, especialmente quando o ataque se verifica no produto a ser comercializado, ou seja, a espiga verde. Uma das alternativas para substituir ou reduzir o uso de produtos químicos é através do controle biológico e do controle microbiano.

9.2. Controle biológico

O maior avanço nas pesquisas com controle biológico na cultura de milho diz respeito aos insetos-pragas da ordem Lepidoptera, notadamente a lagarta-do-cartucho, *Spodoptera frugiperda* (Smith) e a lagarta-da-espiga, *Helicoverpa zea* (Boddie). O controle biológico pode ser definido como a ação de determinados organismos conhecidos como parasitóides, predadores e patógenos na manutenção da densidade de outros organismos numa média bem abaixo daquela que ocorreria na ausência destes (DeBach, 1964). De maneira geral, o controle biológico tem sido efetivado pelo uso de três aproximações: controle biológico clássico, conservação e/ou aumento dos agentes de controle biológico já existentes em determinada área (Cruz, 2002).

9.2.1. Controle biológico clássico

O controle biológico clássico é baseado na importação, liberação e estabelecimento definitivo de inimigos naturais exóticos (parasitóides, predadores ou patógenos). De maneira geral, esse método clássico é uma estratégia que propicia um controle duradouro da praga-alvo.

O sucesso alcançado com a utilização desse método tem sido bem evidenciado, especialmente em países desenvolvidos, seja no controle de insetos pragas ou no controle de plantas daninhas (Laing & Hamai, 1976;

Clausen, 1978). De maneira geral, uma vez que o sucesso é alcançado em um local, os mesmos inimigos naturais podem ser utilizados para controlar as mesmas pragas em outras regiões de clima semelhante. Entre os anos de 1964 e 1976, foram documentados, em várias regiões do mundo, cerca de 170 casos de sucesso pela introdução de inimigos naturais num segundo local, após a comprovação de sucesso no primeiro local (Luck et al., 1988). Isso significa que a importação de inimigos naturais é ainda uma tática importante e eficaz no manejo de pragas, particularmente no manejo de pragas exóticas. Insetos e ácaros introduzidos de outros países são considerados responsáveis pela maior parte de todas as perdas ocasionadas às culturas (Hoy, 1988).

9.2.2. Aumento da população de inimigos naturais

A tática de aumento de inimigos naturais numa área envolve os esforços para aumentar a população ou os efeitos benéficos dos inimigos naturais tanto de pragas nativas como de pragas exóticas (Rabb et al., 1976, Ridgway & Vinson, 1977), seja através de liberações periódicas dos agentes de controle biológico e/ou manipulação do ambiente em que eles habitam. As liberações periódicas podem ser do tipo inundativa ou inoculativa, dependendo do número de inimigos naturais liberados e do intervalo durante o qual se espera que eles propiciem o controle. Manipulação ambiental pode incluir o fornecimento de hospedeiros ou presas alternativas, uso de semioquímicos para melhorar o desempenho do inimigo natural, fornecimento de requisitos ambientais como alimento para os adultos, ou condições adequadas para refúgios, etc., ou até mesmo alguma modificação nas práticas culturais para favorecer os inimigos naturais.

9.2.3. Conservação de inimigos naturais

Essa tática envolve a proteção e a manutenção da população de determinado inimigo natural. A conservação é crucial nos casos em que se quer manter nos ecossistemas agrícolas tanto os inimigos naturais nativos quanto os introduzidos (Hoy, 1998). De maneira geral, o procedimento mais utilizado na conservação de inimigos naturais envolve a modificação nas práticas de aplicação de inimigos naturais. Tal aplicação só é efetivada quando a população da praga ultrapassa determinado nível populacional. Em alguns casos, a conservação dos agentes biológicos pode ser obtida pela substituição de ingredientes ativos, doses, formulação, época e local de aplicação (Hull & Beers, 1985). De acordo com Tauber et al. (1985), é provável que o maior incremento na utilização eficiente de controle biológico nos programas de manejo integrado seja pela conjugação com o uso seletivos de produtos químicos. O conhecimento de como conservar os inimigos naturais no agroecossistema é um eficiente modo de aumentar o uso do controle biológico na agricultura (Hull & Beers, 1985).

9.3. Inimigos naturais associados às principais pragas de milho

As principais pragas de milho, especialmente as espécies pertencentes à ordem Lepidoptera, são de alguma maneira afetadas pela ação dos inimigos naturais. Em curto prazo, melhor desempenho geralmente é esperado pela atuação dos inimigos naturais que atuam nas fases iniciais de desenvolvimento das pragas, ou seja, ovos e primeiros ínstaes. No entanto, não se pode negligenciar o impacto dos inimigos naturais que atuam em fases mais desenvolvidas das pragas, ou seja, últimos ínstaes, pupas e adultos. Como inimigos naturais importantes na

supressão das principais pragas de milho, pertencentes à ordem Lepidoptera, pode-se considerar aqueles listados nas Tabelas 9.1, 9.2 e 9.3. Embora seja relacionado um grande número de predadores e parasitóides, tanto de *S. frugiperda* como de *H. zea*, poucos são os que realmente têm sido pesquisados no Brasil, visando o controle biológico dessas pragas na cultura de milho. Atualmente, a Embrapa Milho e Sorgo tem enfatizado os seguintes: os predadores *Doru luteipes*, *Orius insidiosus* e *Chrysoperla externa*, os parasitóides *Trichogramma* spp., *Telenomus* sp., *Chelonus insularis* e *Campoletis flavicincta*.

Tabela 9.1. Principais predadores de *Spodoptera frugiperda* Smith (adaptado de Cruz, 1995ab).

Nome Científico	Família	Ordem
<i>Calosoma alternans granulatum</i> Perty	Carabidae	Coleoptera
<i>Calosoma angulata</i> (Chvr)	Carabidae	Coleoptera
<i>Coleomegilla maculata</i> De G.	Coccinellidae	Coleoptera
<i>Cycloneda sanguinea</i> L.	Coccinellidae	Coleoptera
<i>Doru luteipes</i> Scudder	Forficulidae	Dermaptera
<i>Eucanthecusa</i> sp.	Pentatomidae	Hemiptera
<i>Orius insidiosus</i> (Say)	Anthracoridae	Hemiptera
<i>Podisus maculiventris</i> Say	Pentatomidae	Hemiptera
<i>Podisus sagitta</i> F.	Pentatomidae	Hemiptera
<i>Sceliphronss figulari</i> Dahlb	Sphecidae	Hymenoptera
<i>Polistes versicolor</i> Oliv.	Vespidae	Hymenoptera
<i>Sycanus indagator</i> (Stal)	Reduviidae	Hemiptera

Tabela 9.2. Principais parasitóides de *Spodoptera frugiperda* Smith (adaptado de Cruz, 1995).

Nome científico	Família	Ordem
<i>Achaetoneura archippivora</i> (Williston)	Tachinidae	Diptera
<i>Archytas incertus</i>	Tachinidae	Diptera
<i>Archytas memoratus</i> (Town.)	Tachinidae	Diptera
<i>Archytas piliventris</i> van der Wulp	Tachinidae	Diptera
<i>Brachymeria ovata</i> (Say)	Chalcididae	Hymenoptera
<i>Campoletis grioti</i> (Blanchard)	Ichneumonidae	Hymenoptera
<i>Campoletis flavinotata</i> (Ashmead)	Ichneumonidae	Hymenoptera
<i>Campoletis perdisinctus</i> (Viereck)	Ichneumonidae	Hymenoptera
<i>Campoletis sonorensis</i> (Cameron)	Ichneumonidae	Hymenoptera
<i>Chelonus insularis</i> (= <i>texanus</i>) Cresson	Braconidae	Hymenoptera
<i>Cotesia</i> (= <i>Apanteles</i>) <i>margiventris</i> Cresson	Braconidae	Hymenoptera
<i>Cryptus albicans</i> (Cresson)	Ichneumonidae	Hymenoptera
<i>Diapetimorpha introita</i> (Cresson)	Ichneumonidae	Hymenoptera
<i>Dino imunda</i> (Wiedemann)	Tachinidae	Diptera
<i>Ephosoma vitticola</i> Cresson	Ichneumonidae	Hymenoptera
<i>Eucloatoria</i>	Tachinidae	Diptera
<i>Euphorocera floridensis</i>	Tachinidae	Diptera
<i>Euplectrus comstocki</i> Howard	Eulophidae	Hymenoptera
<i>Euplectrus platyperae</i> Howard	Eulophidae	Hymenoptera
<i>Lespesia</i> sp. (= <i>Achaetoneura</i> sp.)	Tachinidae	Diptera
<i>Lixophaga diatraea</i> (Townes)	Tachinidae	Diptera
<i>Meteorus laphygmae</i> Viereck	Braconidae	Hymenoptera
<i>Meteorus autographae</i> Muesebeck	Braconidae	Hymenoptera
<i>Microplitis</i> sp.	Braconidae	Hymenoptera
<i>Ophion bilineata</i> Say	Ichneumonidae	Hymenoptera
<i>Patella</i> sp.	Tachinidae	Diptera
<i>Palictaria robusta</i> Wied.	Tachinidae	Diptera
<i>Parisornis</i> sp.	Reliylidae	Hymenoptera
<i>Pogon laphygmae</i> Viereck	Braconidae	Hymenoptera
<i>Pogon terminalis</i> Cresson	Braconidae	Hymenoptera
<i>Sarcophaga georgina</i> Weid.	Sarcophagidae	Diptera
<i>Telenomus rufus</i> Nixon	Scleritidae	Hymenoptera
<i>Temelucha difficilis</i> Dasch	Ichneumonidae	Hymenoptera
<i>Trichogramma fasciatum</i> (Perkins)	Trichogrammatidae	Hymenoptera
<i>Trichogramma minutum</i> Riley	Trichogrammatidae	Hymenoptera
<i>Voria rufalis</i> (Fallen)	Tachinidae	Diptera
<i>Winthemia quadrispulata</i> (F.)	Tachinidae	Diptera
<i>Winthemia trinitatis</i>	Tachinidae	Diptera
<i>Zelle mellea</i> (Cresson)	Braconidae	Hymenoptera

Tabela 9.3. Principais inimigos naturais de *Helicoverpa zea* Boddie.

Família	Gênero	Estatuto nativo	Tipo	Foto anexo
Chalcididae	<i>Dacnusa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.1
Chalcididae	<i>Exochus</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.2
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.3
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.4
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.5
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.6
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.7
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.8
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.9
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.10
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.11
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.12
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.13
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.14
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.15
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.16
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.17
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.18
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.19
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.20
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.21
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.22
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.23
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.24
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.25
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.26
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.27
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.28
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.29
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.30
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.31
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.32
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.33
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.34
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.35
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.36
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.37
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.38
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.39
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.40
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.41
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.42
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.43
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.44
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.45
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.46
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.47
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.48
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.49
Chalcididae	<i>Phaenocarpa</i>	nativa	parasitóide	Figura 9.3.3.50

9.3.1. *Doru luteipes* (Tesourinha)

Esse inseto (Figura 9.1) é muito conhecido pelos produtores de milho. Ele passa por metamorfose incompleta, ou seja, apresenta as fase evolutivas de ovo, ninfa (quatro ínstaes) e adulto. Tanto as ninfas quanto os adultos são predadores de ovos e de lagartas de primeiros ínstaes de *S. frugiperda* e de *H. zea*, sendo atualmente o inimigo natural mais importante dessas duas pragas, na cultura de milho. Sua biologia já foi bem estudada em laboratório, utilizando ovos e lagartas das pragas mencionadas.

A média de ovos por postura é em torno de 25. Após o período de incubação, ao redor de sete dias, eclodem as ninfas, que começam a se alimentar de ovos e lagartas pequenas dos insetos. O período ninfal varia em torno de 35 a 40 dias. A vida dos adultos é muito longa, sendo que alguns indivíduos chegam a viver cerca de um ano, embora a média do ciclo total, em laboratório, seja em torno de 135 dias. O consumo médio, em condições de laboratório, chega a 12,5 e 21 de ovos e/ou pequenas larvas de *S. frugiperda*, nas fases ninfal e adulta, respectivamente. No campo, o inseto é encontrado quase sempre relacionado com a planta de milho e sua postura é encontrada no interior do cartucho, ou nas primeiras camadas de palhas, na espiga. Nesses locais, normalmente a umidade é alta e essa condição é fundamental para a incubação. Em locais onde os cultivos de milho se sucedem o ano inteiro, o inseto tem presença constante. Em certas ocasiões, o número de plantas com pelo menos um indivíduo chega a mais de 70%. Os estudos de campo com esse inseto mostram sua presença durante o ano todo, o que é um ponto bastante positivo no caso da exploração de milho verde, onde o plantio é escalonado.

Informações adicionais sobre esse inseto podem ser encontradas nos trabalhos de Cruz et al. (1995) e Cruz & Oliveira (1997).



Figura 9.1. *Doru luteipes*: A. ovos; B. Adultos; C. Ninfa.

9.3.2. *Trichogramma* spp.

As espécies do gênero *Trichogramma* (Figura 9.2) são as mais utilizadas no mundo para o controle biológico de diferentes espécies de pragas agrícolas. A fêmea adulta coloca seus ovos no interior dos ovos do hospedeiro (praga). Todo o desenvolvimento do parasitóide se passa dentro do ovo da praga. O parasitismo pode ser verificado cerca de quatro dias após a postura, pois os ovos parasitados tornam-se enegrecidos. O ciclo de vida do parasitóide é, em média, de dez dias. O número de ovos parasitados por fêmea depende da espécie do parasitóide, do tipo de hospedeiro e da longevidade do adulto. A fecundidade do hospedeiro é função do suprimento alimentar, da disponibilidade do hospedeiro, da temperatura e da atividade da fêmea, variando de 20 a 120 ovos por fêmea. A liberação do *Trichogramma* no campo deve ser sincronizada com o aparecimento dos primeiros ovos e/ou adultos da praga a manejar. As liberações devem ser repetidas com uma frequência semanal ou menor intervalo, dependendo do grau de infestação dos ovos da praga. A época correta de se iniciar as liberações, a frequência em mantê-las e a

quantidade empregada são fatores fundamentais para garantir a eficácia do controle biológico com o *Trichogramma*. Para liberar o parasitóide, existem vários métodos, mas o mais recomendado é através da liberação das vespinhas, ou seja, liberação do adulto. Esses adultos são obtidos no laboratório, em grande escala, geralmente em ovos de um hospedeiro alternativo, mais fácil e econômico de produzir, como a traça-das-farinhas, *Anagasta kuehniella* (Lepidoptera: *Pyralidae*). Os ovos dessa traça são colados em cartelas de papel cartolina, quando recebem os adultos de *Trichogramma* para serem parasitados. Para isso, utilizam-se recipientes de plástico ou de vidro, de 1,6 a 2 litros de capacidade, onde são colocadas as cartolinas com os ovos da traça (3 cartelas de 150 cm²). Os recipientes devem ser protegidos com um pano preto, preso por um elástico ou goma. Algumas horas após a emergência dos adultos, os recipientes são levados a campo, onde são intermitentemente abertos e fechados, à medida que se percorre o local de liberação, calibrando o passo de tal maneira a cobrir uniformemente o campo. No dia seguinte, devem novamente ser levados os recipientes ao local, para distribuição do material restante que emergiu, depositando, cuidadosamente, no final, as cartelas sobre as plantas. Essa segunda liberação deve ser realizada em sentido contrário ao do primeiro dia. É necessário que o operário aproxime o máximo a boca do recipiente da planta, para facilitar o encontro dos adultos com as folhas da mesma. Se usar a técnica de levar o recipiente aberto todo o tempo, ele deve estar na posição horizontal, com a boca em direção contrária à direção do caminhamento, deixando que as vespinhas saltem, aproximando o máximo na altura da planta. Já existe no Brasil disponibilidade comercial desse inimigo natural para uso na agricultura. Maiores informações podem ser

encontradas em Cruz et al. (1999).

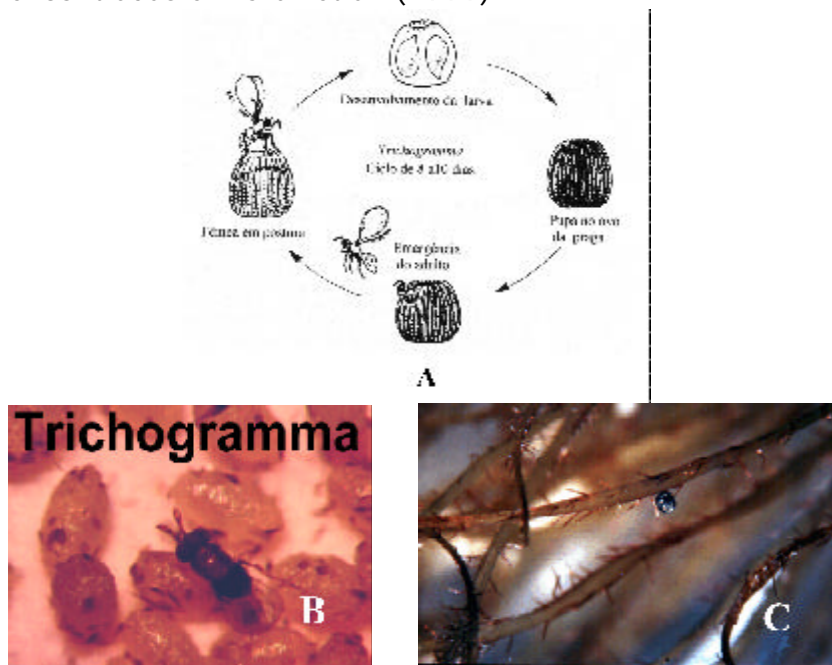


Figura 9.2. *Trichogramma*. A. Ciclo de vida; B. Fêmea parasitando C. Ovo parasitado.

9.3.3. *Telenomus remus*

Esse parasitóide (Figura 9.3) também é exclusivo de ovos, completando todo o seu ciclo biológico dentro do ovo do hospedeiro. Portanto, elimina a praga em seu primeiro estágio de desenvolvimento, impedindo qualquer tipo de danos à planta hospedeira. É um parasitóide específico de ovos de *S. frugiperda*. Completa o seu ciclo em cerca de onze dias, nas condições de temperatura verificadas no verão. Nessas mesmas condições, parasitam cerca de 250 ovos de *S. frugiperda* durante seu período de vida. A fêmea coloca seus ovos em praticamente todos os ovos de uma postura da praga, que ficam enegrecidos cerca de quatro dias após o parasitismo, permanecendo com essa coloração mesmo após a saída do adulto. Aparentemente,

o parasitóide tem a capacidade de penetrar mesmo em diferentes camadas da postura.

Estudos de liberação no campo têm sido realizados como uma possibilidade de controlar *S. frugiperda* em regiões onde não exista a tesourinha, *D. luteipes*. Mesmo nos locais onde exista, é interessante fazer as liberações artificiais um pouco antes do seu aparecimento ou quando ela está em densidade populacional baixa, para que haja uma ação complementar entre os dois inimigos naturais. O esquema de liberações é o mesmo adotado para o *Trichogramma*. Apesar de ser pesquisado já há alguns anos, no Brasil, esse parasitóide ainda não é comercializado.

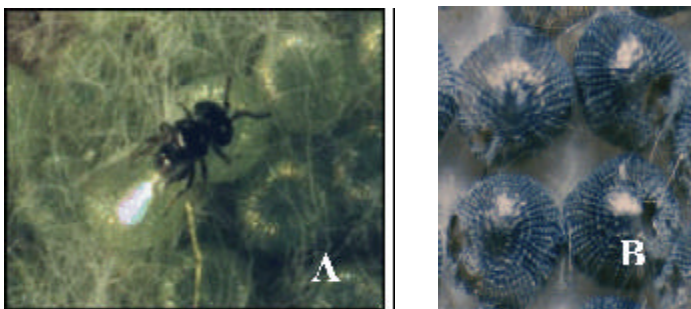


Figura 9.3. *Telenomus remus*. A. Fêmea parasitando ovos de *S. frugiperda*; B. Ovos de *S. frugiperda* parasitados.

9.3.4. *Chelonus* spp.

Várias são as espécies de *Chelonus* (Figura 9.4) relatadas como parasitóides de lepidópteros, pragas de diferentes culturas de importância econômica. *Chelonus insularis*, por exemplo, foi mencionado como parasitóide de *S. frugiperda*, *S. exigua*, *H. zea* e *Elasmopalpus lignosellus*, todos insetos-pragas do milho. Essa gama de hospedeiros, inclusive, aumenta as chances de sobrevivência do parasitóide no campo durante o ciclo da cultura.

O parasitóide *C. insularis* é muito comum em várias regiões do Brasil, onde exerce papel importante como agente de controle biológico da lagarta-do-cartucho. A fêmea coloca os seus ovos no interior dos ovos da praga, permitindo a eclosão das larvas do hospedeiro, que apresentam desenvolvimento aparentemente normal. Após o completo desenvolvimento, a larva do parasitóide mata a larva do hospedeiro, ao perfurar o seu abdômen para se transformar em pupa no ambiente externo. A lagarta parasitada tem a sua biologia e o seu comportamento alterados. O período larval varia de 17 a 23 dias, apresentando média geral de 20,4 dias e o período pupal médio de 6,2 dias. A duração média do ciclo total é 28,6 dias. A longevidade média de fêmeas acasaladas é, em média, 11,6 dias, com o máximo de 18 e o mínimo de cinco dias. O número de ovos parasitados e a longevidade variaram muito de fêmea para fêmea, sendo que a capacidade de parasitar foi reduzida consideravelmente próximo à morte. A maior taxa de parasitismo ocorre quando as fêmeas estão com três dias de idade, com o máximo de 92,2 e o mínimo de 48,2 ovos parasitados naquele dia. No intervalo entre o 3º e o 6º dias, as fêmeas apresentaram um percentual de 72 a 80% de parasitismo, coincidindo com a fase jovem mais ativa das mesmas. Lagartas parasitadas diminuem sensivelmente o consumo foliar. O consumo foliar total de lagartas parasitadas foi de 12,21 cm², e terminou quando as lagartas estavam com 13 dias de idade. O consumo foliar das lagartas não parasitadas foi de 178,84 cm², obtido no 17º dia de alimentação. A menor alimentação das lagartas parasitadas significa, na prática, menor dano às plantas.

De maneira geral, as lagartas parasitadas tiveram comprimento do corpo semelhante ao das não parasitadas, no primeiro e segundo instares, e menor em

todos os outros. Em valores percentuais, o comprimento médio total das lagartas parasitadas foi de apenas 45,4 % do comprimento das não parasitadas.

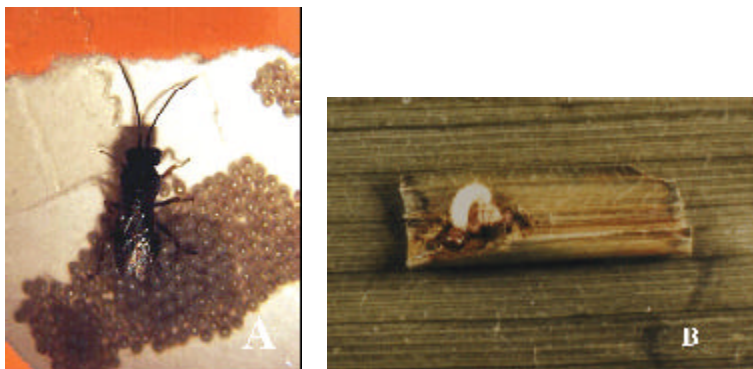


Figura 9.4. *Chelonus insularis*: A. Fêmea parasitando ovos de *S. frugiperda*; B. Larva de *C. insularis* saindo da lagarta-do-cartucho.

9.3.5. *Campoletis flavicincta*

Campoletis flavicincta (Figura 9.5) é uma vespa com cerca de 15 mm de envergadura. A fêmea coloca seus ovos no interior de lagartas de primeiro e segundo instares de *S. frugiperda* e a larva completa todo o seu ciclo alimentando-se do conteúdo interno do hospedeiro. Mais próximo da fase de pupa, a larva do parasitóide sai do corpo da lagarta, matando-a, para construir seu casulo no ambiente externo. Ao se aproximar a época de saída da larva do parasitóide, a lagarta parasitada muda seu comportamento, deixando o cartucho, indo em direção às folhas mais altas, permanecendo nesse local até a morte. A larva do parasitóide perfura o abdômen ou o tórax do hospedeiro, matando-o. No ambiente externo, tece em poucas horas um casulo, dentro do qual se transforma em pupa. O que resta da larva de *S. frugiperda* fica agregado ao casulo do parasitóide, tornando facilmente identificável a ocorrência do inimigo natural.

O número de lagartas parasitadas varia em função da idade (instar) do hospedeiro. Estudos realizados em laboratório mostraram efeito altamente significativo com relação ao número de lagartas parasitadas. O número médio de lagartas parasitadas para cada fêmea foi de 232, quando o parasitóide tinha como hospedeiro lagartas de três dias de idade; este valor só não diferiu daquele obtido para lagartas de dois dias de idade, cuja média por fêmea foi de 182,5 indivíduos parasitados. Em lagartas de quatro e cinco dias, embora sendo parasitadas, o número médio de parasitismo foi bem menor, respectivamente, 80,7 e 71 indivíduos parasitados por fêmea; já com relação ao ciclo de vida do parasitóide, não houve grandes diferenças em função da idade do hospedeiro. No campo, normalmente lagartas pequenas da praga são encontradas alimentando-se das folhas externas, próximo ao local onde foi colocada a postura. Desta maneira, o inseto fica muito mais vulnerável ao ataque do parasitóide. Lagartas maiores normalmente encontram-se dentro do cartucho do milho, ficando mais protegidas contra os inimigos naturais.

O ciclo total do parasitóide é, em média, de 21,9 dias, sendo de 14,5 dias o período de ovo a pupa e de 7,3 dias o período pupal. As lagartas parasitadas vivem cerca de uma semana menos do que as lagartas sadias. Enquanto lagartas sadias, durante todo o seu período de vida, consomem, em média, 209,3 cm² de área foliar, as lagartas parasitadas consomem apenas 14,5 cm², ou seja, 6,9% do consumo normal; este menor consumo de alimento é confirmado pela quantidade de fezes produzida: a média das lagartas sadias foi de 0,172 mg, comparada com uma média de 0,007 mg produzida pelas lagartas parasitadas, ou seja, apenas 4,1% da produção

normal. Portanto, por parasitar especificamente lagartas pequenas e em grande quantidade, além de ser eficiente por provocar a morte das lagartas, o parasitóide reduz drasticamente o consumo foliar das lagartas, evidentemente reduzindo os danos no campo. Por ser parasitóide de lagartas, é um inseto perfeitamente compatível com os inimigos naturais que são exclusivos de ovos dos hospedeiros, como *Trichogramma* spp. e *Telenomus* sp.

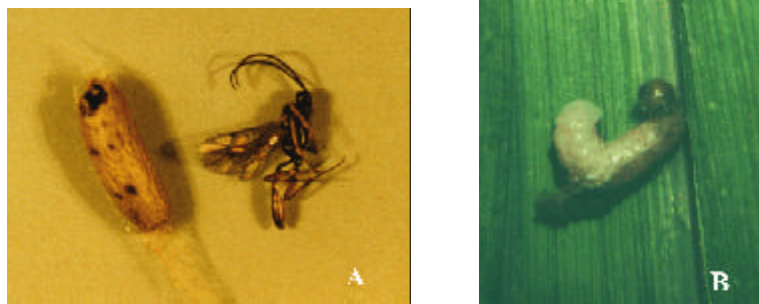


Figura 9.5. *Campoletis flavicincta*: A. Casulo e adulto macho; B. Larva saindo do corpo do hospedeiro.

9.4. Uso de inimigos naturais no cultura de milho

Uma das limitações ainda existentes no uso de inimigos naturais para o controle biológico das pragas de milho diz respeito à disponibilidade comercial. Com exceção das espécies de *Trichogramma*, os demais ainda não estão disponíveis comercialmente, embora a pesquisa já tenha dominado a técnica de criação (Cruz, 2000). Dessa maneira, ainda seria necessária a mobilização dos produtores para a multiplicação de tais agentes de controle, mesmo em pequena escala. Independente da disponibilidade para liberações em grande escala, deve-se considerar como aspecto fundamental a manutenção dos inimigos naturais presentes no ecossistema, principalmente pela utilização dos princípios básicos do

manejo integrado. Nesse aspecto em particular, será fundamental a utilização do conceito de seletividade. Um inseticida químico só deverá ser utilizado em casos em que os inimigos naturais não sejam suficientes para evitar os prejuízos. Mesmo assim, é primordial a escolha de produtos baseados em algumas características, tais como eficiência, custo, baixa toxicidade ao ser humano e seletivo em relação aos principais inimigos naturais, conforme descrito em Cruz (1997).

9.5. Controle microbiano (doenças)

Apesar de várias doenças tanto de *S. frugiperda* como de *H. zea* serem relatadas na literatura, os fungos *Nomuraea rileyii* e *Beauveria bassiana* e a virose *Baculovirus* são os mais importantes no controle microbiano dessas duas espécies de insetos, por causarem altas taxas de mortalidade em larvas. Bactérias, especialmente a *Bacillus thuringiensis* (Bt) também têm sido testadas para o controle biológico, havendo, inclusive, produtos comerciais disponíveis, porém os resultados de eficiência não estão nos mesmos patamares daqueles obtidos com os outros produtos biológicos, especialmente em relação a *S. frugiperda*. No entanto, atualmente, com a seleção de melhores raças de Bt e/ou introdução de genes em plantas (milho transgênico), pode-se esperar uma melhoria significativa no controle de pragas com bactérias. No momento, o maior avanço na pesquisa com o controle microbiano de pragas de milho no Brasil tem sido verificado com o Vírus de Poliedrose Nuclear de *S. frugiperda*.

9.5.1. Baculovirus

A taxa de mortalidade de lagartas, verificada em laboratório, chega a 100 %. O vírus pode ser utilizado

somente pelo macerado feito de lagartas mortas ou através do produto formulado em pó. Essa formulação em pó molhável é mais estável que o vírus preparado apenas por maceração da lagarta. O *Baculovirus* (Figura 6), por si só, tem apresentado, em condições de campo, eficiência comparável à dos produtos químicos convencionais (isto é, acima de 80%). Além de não contaminar o meio ambiente e nem oferecer riscos para o ser humano, o produto é altamente seletivo. Para se ter sucesso no uso do *Baculovirus* no controle da lagarta-do-cartucho, deve-se seguir as seguintes recomendações:

1. Dependendo do nível de infestação, o controle deve ser feito mais cedo. O agricultor deve tomar medidas de controle quando observar o sintoma de folhas raspadas;
2. Quanto mais novas forem as lagartas, maior eficiência pode ser esperada do vírus. Por isso, é recomendada a aplicação do *Baculovirus* em lagartas de, no máximo, 1,5 cm;
3. Os mesmos equipamentos convencionais utilizados para a aplicação dos produtos químicos servem também para aplicar o vírus. Particularmente para a lagarta-do-cartucho, recomenda-se usar o bico tipo leque 8004 ou 6504; É fundamental a regulagem do equipamento;
4. O vírus também pode ser aplicado via água de irrigação, sendo que um maior volume de água por unidade de área tem dado melhores resultados;
5. Considerando que o vírus é sensível aos raios ultravioletas, a pulverização deve ser feita à tarde ou no início da noite. Informações mais detalhadas sobre esse patógeno podem ser encontradas em Cruz (2000).

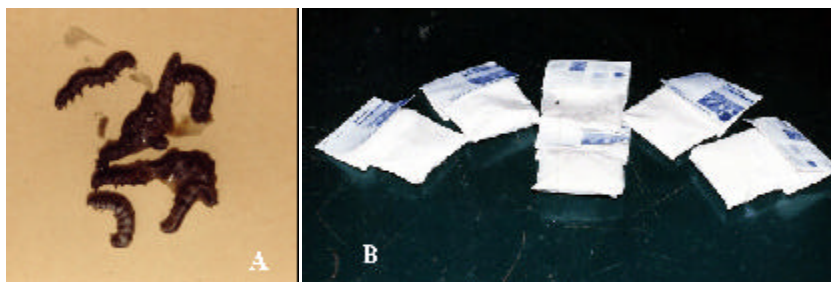


Figura 9.6. *Baculovirus*. A. Lagartas de *S. frugiperda* mortas pelo vírus; B. Embalagem comercial contendo $2,5 \times 10^{11}$ poliedros de vírus, suficiente para aplicação em um hectare de milho.

9.6. Literatura citada

ABLES, J.R.; VINSON, S.B.; ELLIS, J.S. Host discrimination by *Chelonus insularis*, *Telenomus heliothis* and *Trichogramma pretiosum*. **Entomophaga**, Paris, v. 26, p.149 -155, 1981.

BALASUBRAMANI, V.; SWAMIAPPAN, M. Development and feeding potential of the green lacewing *Chrysoperla carnea* Steph. (Neur. Chrysopidae) on different insect pests of cotton. **Anzeiger fuer Schaedlingskunde**, Berlin, v. 67, p. 165 -167,1994.

BLUMBERG, D.; NAVON, A.; KEREN, S.; GOLDENBERG, S.; FERKOVICH, S.M. Interactions among *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae), its larval endoparasitoid *Microplitis croceipes* (Hymenoptera: Braconidae), and *Bacillus thuringiensis*. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 90, n. 5, p. 1181 – 1186, 1997.

CARPENTER, J.E. *Ichneumon promossorius* (Erichson) Hymenoptera: Ichneumonidae): factors affecting fecundity, oviposition, and longevity. **Journal of Entomological Science**, Griffin, v. 30, p. 279 - 286, 1995.

CLAUSEN, C.P. **Introduced parasites and predators of arthropod pests and weeds: a world Review**. Washington: USDA, 1978. 545 p. (Agricultural Handbook, 480)

- CRUZ, I. **A lagarta-do-cartucho na cultura do milho**. Sete Lagoas: EMBRAPA. CNPMS, 1995 a. 45 p. (EMBRAPA-CNPMS.Circular Técnica, 21).
- CRUZ, I. Controle biológico em manejo integrado de pragas. In: In: PARRA, J.R.P.; BOTELHO, P.S.M.; CORREA-FERREIRA, B.S.; BENTO, J.M.S. (Ed.). **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo : MANOLE, 2002. cap.32, p. 543 – 579.
- CRUZ, I. Manejo de pragas na cultura do milho. In: FANCELLI, A.L.; DOURADO NETO, D. (Ed.) **Tecnologia da produção de milho**. Piracicaba: Publique, 1997. p.18 -39.
- CRUZ, I. Manejo integrado de pragas de milho com ênfase para o controle biológico. In: CICLO DE PALESTRAS SOBRE CONTROLE BIOLÓGICO DE PRAGAS, 4., 1995b, Campinas. **Anais...** Campinas: Instituto Biológico, 1995b. p. 48 - 92.
- CRUZ, I. Utilização do Baculovirus no controle da lagarta-do-cartucho do milho, *Spodoptera frugiperda*. In: MELO, I.S. de; AZEVEDO, J.L. (Ed.) **Controle Biológico**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2000. cap. 8, p. 201 - 230.
- CRUZ, I.; ALVARENGA, C.D.; FIGUEIREDO, P.E.F. Biologia de *Doru luteipes* (Scudder) e sua capacidade predatória de ovos de *Helicoverpa zea* (Boddie). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 24, n. 2, p. 273 - 278, 1995.
- CRUZ, I.; FIGUEIREDO, M.L.C.; MATOSO, M.J. **Controle biológico de *Spodoptera frugiperda* utilizando o parasitóide de ovos *Trichogramma***. Sete Lagoas: EMBRAPA-CNPMS, 1999. 40p. (EMBRAPA-CNPMS.Circular Técnica, 30).

- CRUZ, I.; OLIVEIRA, A. C. Flutuação populacional do predador *Doru luteipes* Scudder em plantas de milho. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 32, n. 4, p. 363 -368, 1997.
- DeBACH, P.; SCHLINGER, I.E. **Biological control of insect pests and weeds**. London: Chapman and Hall, 1964. 844 p.
- GROSS, H.R. Field release and evaluation of *Archytas marmoratus* against larvae *Heliothis* in whorl stage corn. **Environmental Entomology**, College Park, v. 19, p. 1122 - 1128, 1990.
- HULL, L.A.; BEERS, E.H. Ecological selectivity: modifying chemical control practices to preserve natural enemies. In: HOY, M.A.; HERZOG, D.C. (Ed.). **Biological control in agricultural IPM Systems**. Orlando: Academic Press, 1985. p.103 -122.
- KAUFFMAN, W.C.; KENEDDY, G.G. Inhibition of *Campoletis sonorensis* parasitism of *Heliothis zea* and of parasitoid development by 2-tridecanone-mediated. **Journal of Chemical Ecology**, New York, v.15, p.1919 - 1930, 1989.
- LAING, J.E.; HAMAI, J. Biological control of insect pests and weeds by imported parasites, predators and pathogens. In: HUFFAKER, C.B.; MESSENGER, P.S. (Ed.). **Theory and practice of biological control**. New York: Academic Press, 1976. p. 685 - 743.
- LINGREN, P.D.; NOBLE, L.W. Preference of *Campoletis perdinctus* for certain noctuid larvae. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 65, p. 104 -107, 1972.
- LUCK, R. F.; SHEPARD, B. M.; KENMORE, P. E. Experimental methods for evaluating arthropod natural enemies. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 33, p. 367 -391, 1988.

- MARTIN JR., W.R.; NORDLUND, D.A.; NETTLES, JR., W.C. Parasitization of *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae) by *Palexorista laxa* (Diptera: Tachinidae): influence of host developmental stage on host suitability and progeny production. **Journal of Entomological Science**, Griffin, v. 27, p.164 -171, 1992.
- RABB, R.L.; STINNER, R.E.; BOSCH, R. van den. Conservation and augmentation of natural enemies. In: HUFFAKER, C.B.; MESSENGER, P.S. (Ed.). **Theory and practice of biological control**. New York: Academic Press, 1976. p. 233 - 254.
- REITZ, S.R. Interspecific competition between two parasitoids of *Helicoverpa zea*: *Eucelatoria bryani* and *E. rubentis*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Dordrecht, v. 79, p. 227 - 234, 1996.
- REITZ, S.R.; NETTLES JR, W.C. Regulation of *Helicoverpa zea* larval behavior by the parasitoid *Eucelatoria bryani*. **Entomologia Experimental et Applicata**, Dordrecht, v. 71, p. 33 - 39, 1994.
- RIDGWAY, R.L.; VINSON, S.B. **Biological control by augmentation of natural enemies**. New York: Plenum Press, 1977. 480 p.
- TAUBER, M. J.; HOY, M. A.; HERZOG, D. C.. Biological control in agricultural IPM systems: a brief overview of the current statue and future prospects. In: HOY, M.A.; HERZOG, D.C. (Ed.). **Biological control in agricultural IPM Systems**. Orlando: Academic Press, 1985. p. 3 - 9.